



UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS HUMANAS, SOCIAIS E AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS
(AGROECOLOGIA)

**METIL JASMONATO NA MITIGAÇÃO DO DÉFICIT HÍDRICO
EM RABANETE (*Raphanus sativus* L.)**

Damiana Justino Araujo

Bananeiras – PB

Agosto – 2024

DAMIANA JUSTINO ARAUJO

Metil jasmonato na mitigação do déficit hídrico em rabanete
(*Raphanus sativus* L.)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias (Agroecologia) do Centro de Ciências Humanas, Sociais e Agrárias da Universidade Federal da Paraíba, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Ciências Agrárias (Agroecologia).

Área de Concentração: Agroecologia e Desenvolvimento Rural Sustentável

Orientador:

Prof. Dr. Diego Silva Batista (DA/CCHSA)

Bananeiras – PB

Agosto – 2024

Catálogo na publicação
Seção de Catalogação e Classificação

A663m Araujo, Damiana Justino.

Metil jasmonato na mitigação do déficit hídrico em
rabanete (*Raphanus sativus* L.) / Damiana Justino

Araujo. - Bananeiras, 2024.

35 f. : il.

Diego Silva Batista.

Tancredo Augusto Feitosa de Souza.

Dissertação (Mestrado) - UFPB/CCHSA.

1. Biorregulador. 2. Estresse hídrico. 3. *Raphanus sativus*. I. Batista, Diego Silva. II. Souza, Tancredo Augusto Feitosa de. III. Título.

UFPB/CCHSA-CHÃ

CDU 63(043.2)

UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS HUMANAS, SOCIAIS E AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS (AGROECOLOGIA)

Metil jasmonato na mitigação do déficit hídrico em rabanete (*Raphanus sativus* L.)

Damiana Justino Araujo

Dissertação apresentada à banca examinadora formada pelos seguintes especialistas.

Diego Silva Batista
(orientador/UFPB)

Emmanuel Moreira Pereira
(membro interno/PPGCAG/INSA)

Sérgio Heitor Sousa Felipe
(membro externo à Instituição/UEMA)

Aprovado em 21 de agosto de 2024.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO DE LITERATURA	3
2.1. Mudanças climáticas e estresses abióticos.....	3
2.2. Estresse hídrico em plantas	3
2.3. Biorreguladores na mitigação do estresse hídrico	4
2.4. Jasmonatos	5
2.5. Metil jasmonato na mitigação de estresses em plantas	5
2.6. Rabanete (<i>Raphanus sativus</i> L.)	6
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	7
3.1. Localização experimental	7
3.2. Material vegetal e condições de crescimento.....	7
3.3. Irrigação e tratamento com metil jasmonato	7
3.4. Análises morfofisiológicas.....	7
3.5. Pigmentos fotossintéticos.....	8
3.6. Conteúdo relativo de água	8
3.7. Extravasamento de eletrólitos	9
3.8. Análises de qualidade pós-colheita.....	9
3.8.1 Colorimetria	9
3.8.2. Firmeza.....	10
3.8.3. Determinação da açúcares totais	10
3.8.4. Determinação de capacidade antioxidante	10
3.8.5. Determinação de minerais	10
3.9. Delineamento experimental e condução do experimento	11
4. RESULTADOS	12
5. DISCUSSÃO.....	16
6. CONCLUSÃO.....	19
7. REFERÊNCIAS	20

ARAUJO, DAMIANA JUSTINO. **Metil jasmonato na mitigação do déficit hídrico em rabanete (*Raphanus sativus* L.)**. Bananeiras, Paraíba, Brasil. 2024. 35f. Dissertação de Mestrado em Ciências Agrárias (Agroecologia), Centro de Ciências Agrárias Humanas e Sociais da Universidade Federal da Paraíba, Bananeiras, Paraíba, Brasil.

RESUMO

O rabanete (*Raphanus sativus* L.) é uma hortaliça cultivada mundialmente rica em nutrientes e antioxidantes. A água é um fator crítico para o crescimento e desenvolvimento dessa cultura, dessa forma é necessário encontrar estratégias para melhorar sua tolerância à seca. O metil jasmonato é um biorregulador conhecido por desempenhar um importante papel na modulação das respostas das plantas ao estresse, entretanto, seu efeito na mitigação da seca em rabanete permanece desconhecido. Nesse sentido, esse estudo teve como objetivo investigar o papel do metil jasmonato na mitigação dos efeitos do déficit hídrico em plantas de rabanete. As plantas foram submetidas a irrigação com 80% da capacidade de retenção de água (controle) e a restrição total da irrigação dos 15 aos 30 dias após a semeadura (DAS). Aos 7, 14 e 21 DAS, foram realizadas as aplicações exógenas (*spray* foliar) do metil jasmonato na concentração de 100 μ M e da solução controle (somente água). O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial 2×2 (níveis de umidade no solo $\times$ concentração do biorregulador) com 10 repetições. Foram avaliados parâmetros de crescimento, medidas de trocas gasosas, fluorescência, pigmentos fotossintéticos, conteúdo relativo de água e extravasamento de eletrólitos. Os dados foram submetidos à análise de variância pelo teste F ($P \leq 0,05$). O déficit hídrico reduziu o crescimento e as trocas gasosas das plantas e aumentou a capacidade antioxidante nas raízes tuberosas; apesar de ter reduzido o extravasamento de eletrólitos, sugerindo menor dano oxidativo, a aplicação de metil jasmonato não foi eficaz em mitigar os efeitos no crescimento e nas trocas gasosas. Assim, conclui-se que o déficit hídrico reduz o crescimento e trocas gasosas do rabanete, porém melhora a qualidade pós-colheita, enquanto a aplicação de MeJa não atenua os efeitos do déficit hídrico.

Palavras-chave: Biorregulador, estresse hídrico, *Raphanus sativus* L., tolerância à seca.

Methyl jasmonate in the mitigation of water deficit in radish (*Raphanus sativus* L.)

Abstract: Radish (*Raphanus sativus* L.) is a vegetable grown worldwide rich in nutrients and antioxidants. Water is a critical factor for the growth and development of this crop, so it is necessary to find strategies to improve its tolerance to drought. Methyl jasmonate is a bioregulator known to play an important role in modulating plant responses to stress. In this sense, this study aimed to investigate the role of methyl jasmonate in mitigating the effects of water deficit in radish plants. The experiment was conducted at the Seedling Production Laboratory of the Center for Human, Social and Agricultural Sciences at the Federal University of Paraíba, Bananeiras-PB. The plants were subjected to irrigation with 80% of the water retention capacity (control) and total restriction of irrigation at 15 DAS. At 7, 14 and 21 days after sowing (DAS), exogenous applications (foliar spray) of methyl jasmonate at a concentration of 100 μ M and the control solution (water only) were carried out. The experimental design used was completely randomized, in a 2×2 factorial scheme (soil moisture levels x bioregulator concentration) with 10 replications. The following were evaluated: growth parameters, gas exchange measurements, fluorescence, photosynthetic pigments, relative water content and electrolyte extravasation. The data were subjected to analysis of variance using the F test ($P \leq 0.05$). The water deficit reduced the growth and gas exchange of radish plants and increased the antioxidant capacity in tuberous roots; despite reducing electrolyte leakage, suggesting less oxidative damage, the application of methyl jasmonate was not effective in mitigating the effects on growth and gas exchange. Thus, it is concluded that water deficit reduces growth and gas exchange of radish, but improves postharvest quality, while the application of MeJa does not mitigate the effects of water deficit.

Keywords: Bioregulator, water stress, *Raphanus sativus* L., drought tolerance.

1. INTRODUÇÃO

Os estresses abióticos são uma grande ameaça à agricultura sendo a seca um dos principais fatores ambientais que reduzem o crescimento e desenvolvimento das plantas (Imran et al. 2021; Zhang et al. 2023). A seca é compreendida quando a taxa de evapotranspiração da planta é maior que a absorção de água, sendo um dos principais fatores que afetam a produção agrícola no mundo, já que limita o crescimento e desenvolvimento das plantas (Riehl et al. 2014; Stagnari et al. 2017; Seleiman et al. 2021).

O déficit hídrico afeta a fisiologia, morfologia e metabolismo das plantas, se manifestando através da redução do teor de água, diminuição do potencial hídrico foliar, redução da pressão de turgor e atividade estomática e diminuição da expansão e proliferação celular, reduzindo a atividade fotossintética e a área foliar (Basu et al. 2016; Bhandari 2023). Além disto, interfere na produção e alocação de fotoassimilados (Albacete et al. 2014), causa alterações no conteúdo de clorofila (Mafakheri et al. 2010), e induz o estresse oxidativo devido à superprodução de espécies reativas de oxigênio (EROs) (Seleiman et al. 2021).

O rabanete (*Raphanus sativus* L.) pertence à família Brassicaceae, e é cultivado e consumido em todo o mundo (Banihani, 2017; Henschel et al. 2021). É uma raiz pequena, com coloração variada, indo desde o branco até o roxo e preto com polpa geralmente branca (Gamba 2021). Possui ciclo curto, e geralmente é usada em saladas, pois é rica em nutrientes e antioxidantes, como compostos fenólicos, carotenoides e ácido ascórbico (Goyeneche et al. 2015; Sugiura et al. 2015; Soares et al. 2021). Além de sua importância econômica, a rápida taxa de crescimento e a alta plasticidade em resposta às condições ambientais, permite que o rabanete seja um bom modelo para o estudo do crescimento vegetal e produção sob condição de estresse abiótico, como a seca, já que sob tais condições essa espécie tende a alocar menos massa para as raízes tuberosas (Stagnari et al. 2017; Chen et al. 2019).

Os biorreguladores, sejam eles naturais ou sintéticos, possuem uma importância crucial no desenvolvimento e metabolismo das plantas, promovendo alterações em processos fisiológicos e bioquímicos, desempenhando um papel importante nas respostas das plantas a fatores ambientais e na formação de tolerância das plantas a condições extremas (Olaiya et al. 2013). Pesquisas têm demonstrado que a aplicação exógena de biorreguladores em concentrações adequadas às plantas submetidas a estresse pode

regular osmoprotetores, estimular a expressão de genes relacionados ao estresse e aumentar a eficiência do sistema antioxidante da planta (Zulfqar e Ashraf 2021).

O metil jasmonato (MeJa) é um fitormônio pertencente à família do ácido jasmônico, encontrado amplamente em plantas (Wang et al. 2021). Sua síntese ocorre através da via octadecanóica, que envolve uma série de etapas metabólicas após a oxidação do ácido linolênico (Reyes-Díaz et al. 2016). Trata-se de um biorregulador celular que desempenha um importante papel em vários processos do desenvolvimento vegetal, desde a germinação de sementes até a senescência (Wasternack e Hause 2002). Além disso, o metil jasmonato foi identificado como um regulador que desempenha um papel crucial na mediação de diversos processos bioquímicos e fisiológicos relacionados à defesa e resposta contra estresses bióticos e abióticos (Cheong e Choi 2003; Takahashi e Hara 2014) desempenhando um papel fundamental no aumento da atividade de enzimas antioxidantes (Ho et al. 2020).

Estudos recentes têm demonstrado que o metil jasmonato pode desempenhar um papel significativo na atenuação dos efeitos adversos do déficit hídrico em plantas. Pesquisas realizadas com couve-flor (*Brassica oleracea* L.), genótipos de soja (*Glycine max* L.) e beterraba (*Beta vulgaris* L.) demonstraram que a aplicação exógena de metil jasmonato leva a uma melhor resistência ao estresse hídrico (Wu et al. 2012; Mohamed e Latif 2017; Fugate et al. 2018). Nesse sentido, essa pesquisa teve como objetivo avaliar o efeito de aplicações exógenas do metil jasmonato na morfofisiologia e qualidade pós-colheita de plantas de rabanete (*Raphanus sativus* L.) submetidas ao déficit hídrico.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Mudanças climáticas e estresses abióticos

As mudanças climáticas representam um dos maiores desafios ambientais do nosso tempo, com origem em causas naturais e antropogênicas as mudanças climáticas impactam diversos ecossistemas e setores econômicos (Fakana 2020). Devido à sua enorme dimensão e sensibilidade aos parâmetros meteorológicos, a agricultura é o setor mais vulnerável às alterações climáticas (Malhi et al. 2021). Por consequência das alterações climáticas, os estresses abióticos, como a seca, salinidade, altas temperaturas e inundações estão se tornando cada vez mais desafiadores para as plantas (Waadt, 2022)

Esses estresses afetam diretamente a produtividade agrícola e a saúde dos ecossistemas. Estudos recentes destacam que o aumento das temperaturas globais e a variabilidade climática eleva esses estresses, o que resulta em perdas de rendimento e qualidade das culturas agrícolas (Fleury et al., 2019). Além disso, a intensidade e a frequência dos eventos climáticos extremos, como secas prolongadas e ondas de calor, estão aumentando e colocando pressão adicional sobre o meio ambiente e os sistemas de produção agrícolas (Santos et al., 2021).

Além dos impactos diretos nas plantas, as mudanças climáticas e os estresses abióticos têm efeitos em cascata nos ecossistemas e na biodiversidade em geral. A alteração dos padrões de temperatura e precipitação pode levar à mudanças na composição das comunidades biológicas, migração de espécies e perda de habitat e biodiversidade (Minhas et al., 2017). A pesquisa contínua é crucial para entender melhor essas interações complexas e desenvolver estratégias de mitigação e adaptação eficazes a estresses abióticos decorrentes de mudanças climáticas (Santos et al., 2021).

2.2. Estresse hídrico em plantas

As alterações climáticas resultam em inundações e secas descontroladas, que representam uma ameaça significativa para a agricultura e a sobrevivência humana. (Županić et al. 2021). Dentre os estresses ambientais, o estresse hídrico causado pela seca é o que mais causa problemas na agricultura (Shao et al. 2009). A baixa disponibilidade hídrica altera o balanço hídrico das plantas, pois reduz o teor de água e o potencial hídrico no solo, dificultando a absorção de água e diminuindo o turgor das células reduzindo o

aumento e divisão celular (Osakabe et al. 2014). Além disso a baixa disponibilidade hídrica induz o fechamento estomático limitando as trocas gasosas e a fotossíntese, eventos que tem como consequência a redução do crescimento (Blum 2017). Em plantas sob estresses hídricos severos há um aumento na geração de espécies reativas de oxigênio o que causa falha do sistema de metabolização de EROS iniciando o estresse oxidativo (Zulfqar et al. 2019). Em resposta a isso, as plantas acumulam compostos conhecidos como osmoprotetores e antioxidantes que não apenas ajudam na regulação osmótica nas plantas, mas também estabilizam biomoléculas, incluindo proteínas e membranas (Singh et al. 2015; Zargar et al. 2017).

2.3. Biorreguladores na mitigação do estresse hídrico

Biorreguladores são substâncias químicas naturais ou sintéticas que, em pequenas quantidades, influenciam o crescimento, desenvolvimento e metabolismo das plantas, tais como auxinas, giberelinas, citocininas, etileno, ácido abscísico, ácido salicílico, brassinosteroides e jasmonatos (Olaiya et al. 2013; Zulfiqar e Ashraf 2021). Estudos mostram que os biorreguladores atuam na síntese de compostos vegetais que conferem às plantas a capacidade de resistir a estresses abióticos, a exemplo do estresse hídrico, e quando aplicados exogenamente em concentrações ótimas a plantas podem regular osmoprotetores, aumentar a expressão de genes relacionados ao estresse e aumentar a eficiência do sistema antioxidante (Gaion et al. 2018; Li et al. 2019).

Entre os biorreguladores envolvidos no estresse hídrico, estão o ácido abscísico (ABA), o etileno, brassinosteroides e jasmonatos que, em resposta ao estresse hídrico, atuam no fechamento dos estômatos para reduzir a perda de água por transpiração (Cutler et al., 2010), promovem a senescência e a abscisão de folhas (Morgan & Drew, 1997) mantêm a homeostase celular (Farooq et al., 2009) e aumentam a defesa antioxidante, (Zulfiqar e Ashraf 2021), respectivamente.

2.4. Jasmonatos

Os jasmonatos (JAs), são um grupo de compostos fitorreguladores, derivados do ácido linolênico presentes em quase todas as plantas superiores e desempenham diversas funções importantes em plantas, especialmente relacionadas à defesa e ao desenvolvimento (Kamińska 2021). Eles são fitohormônios derivados do ácido linolênico, sintetizados através de uma rota biossintética complexa que envolve várias enzimas e etapas e estão envolvidos na resposta a estresses bióticos e abióticos, e na regulação de processos de crescimento e desenvolvimento vegetal (Wasternack 2007; Xi Xia et al. 2018).

Fazem parte do grupo dos jasmonatos os compostos, ácido jasmônico (AJ), MeJa, jasmonato, *cis* -jasmona, e jasmonoil isoleucina e dentre esses o ácido jasmônico e seu éster metílico, o metil jasmonato são os principais hormônios (Ahmad et al. 2016). Uma vez sintetizados, esses compostos podem atuar como sinalizadores em plantas, regulando a expressão de genes envolvidos na produção de metabólitos secundários, como flavonoides e alcaloides, compostos que ajudam a proteger as plantas contra pragas e doenças (Akula e Ravishankar, 2011; Yan e Kolomiets, 2013). Além disso, os jasmonatos ativam os mecanismos de defesa da planta em resposta a estresses ambientais, como seca, baixa temperatura e salinidade (Wasternack e Hause 2002).

2.5. Metil jasmonato na mitigação de estresses em plantas

O metil jasmonato (MeJA) é um composto derivado do ácido jasmônico, que desempenha um papel crucial na resposta das plantas a estresses bióticos e abióticos (Yu et al. 2018). De modo geral o ácido jasmônico e o MeJa desempenham papéis similares na sinalização de defesa e resposta ao estresse, diferindo em sua estrutura química que confere ao metil jasmonato propriedades voláteis que ampliam sua função como um sinalizador de defesa entre plantas porque pode atravessar a membrana celular com mais facilidade do que o ácido jasmônico (Fattorini et al. 2018; Wang et al. 2021). O MeJA é conhecido por mediar a defesa das plantas contra herbívoros e patógenos, ativando a expressão de genes envolvidos na produção de compostos defensivos, como inibidores de proteases e metabólitos secundários, além de também está envolvido na resposta das plantas a estresses abióticos (Wasternack e Hause, 2013) causados pela salinidade, seca e estresse térmico, promovendo a expressão de genes relacionados ao estresse e a

acumulação de osmólitos compatíveis e antioxidantes que protegem as células vegetais contra danos (Riemann et al. 2015).

A aplicação de MeJa, em plantas de soja (*Glycine max* L.) sob estresse salino foi eficaz em mitigar os efeitos negativos no crescimento da planta (Yoon et al. 2009). Em plantas de trigo (*Triticum aestivum* L.) submetidas a seca, a aplicação exógena de MeJa aumentou a capacidade antioxidante, melhorou a fotossíntese (Wang et al. 2013) e manteve o crescimento e o rendimento das plantas (Anjum et al. 2016). Efeitos positivos da aplicação exógena de MeJa também foram observados na defesa antioxidante e na manutenção da fotossíntese e do crescimento em plantas de manjerição roxo (*Ocimum basilicum* L.) em condições de seca (Lopes et al. 2024).

2.6. Rabanete (*Raphanus sativus* L.)

O rabanete (*Raphanus sativus* L.) é uma planta herbácea da família Brassicaceae, conhecida por suas raízes comestíveis e sabor picante (Henschel et al. 2021). Originário da Ásia, o rabanete tem sido cultivado há milhares de anos e é amplamente consumido em todo o mundo (Gamba et al., 2021). O ciclo de vida do rabanete é curto, geralmente entre 25 a 30 dias, a planta possui uma raiz primária redonda, oval ou cilíndrica que é a parte consumida, e pode variar em forma e cor dependendo da cultivar (Nishio 2017). Os rabanetes são valorizados por seu baixo teor calórico e alto valor nutricional, são uma excelente fonte de antioxidantes como compostos fenólicos e carotenoides, além de conter carboidratos, açúcares, fibras alimentares, proteínas, vitaminas e minerais (cálcio, ferro, magnésio, zinco manganês, potássio e fósforo) (Gamba et al. 2021; Banihani 2017).

Além de seu valor alimentício, o rabanete pode ser usado em sistemas de rotação de culturas e como cultura de cobertura devido à sua capacidade radicular de melhorar a estrutura do solo promovendo a penetração de água e nutrientes, o que beneficia culturas seguintes (Nishio 2017). Por ser uma cultura de rápido crescimento e de fácil cultivo é ideal para pequenas hortas domésticas e cultivos comerciais pela agricultura familiar. No entanto, o cultivo de rabanete pode enfrentar problemas relacionados a seca. Estudos recentes têm demonstrado que quando submetidas a níveis baixos de suprimento de água as plantas de rabanete apresentam redução na integridade da membrana, na capacidade fotossintética, no crescimento e na biomassa de toda a planta (Henschel et al. 2022, 2023; Soares et al. 2022).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Localização experimental

O experimento foi conduzido no período de março a abril na área experimental em casa de vegetação no Laboratório de Produção de Mudas do Centro de Ciências Humanas, Sociais e Agrárias da Universidade Federal da Paraíba (CCHSA/UFPB), em Bananeiras, Paraíba, Brasil (6°45 S, 35°38 W, altitude de 526 m).

3.2. Material vegetal e condições de crescimento

Sementes de rabanete (*Raphanus sativus* L.) da variedade Crimson Gigante (TopSeed®) foram semeadas em vasos de polietileno de 5 L de capacidade, contendo substrato comercial composto de casca de pinus bioativada e vermiculita (Mecplant®-HORTA 1, Telêmaco Borba, Brasil), com adição de 5 g de mistura granulada de nitrogênio, fósforo e potássio (NPK, 4-14-8). Cinco dias após a semeadura foi realizado o desbaste das plantas, selecionando plantas homogêneas e mantendo duas plantas por vaso. Todas as plantas foram irrigadas com 100% da capacidade de retenção de água (CRA), uma vez ao dia, até o 7º dia após a semeadura (DAS), quando foi iniciada a irrigação com 80% da capacidade de retenção de água. A CRA foi determinada seguindo o método lisimétrico de pesagem (Santos et al. 2022).

3.3. Irrigação e tratamento com metil jasmonato

Aos 7 DAS, as plantas passaram a ser irrigadas a cada dois dias com 80% da capacidade de retenção de água e aos 15 DAS foi imposta a restrição total da irrigação até os 30 DAS. Aos 7, 14 e 21 DAS foram realizadas as aplicações (*spray* foliar) do metil jasmonato na concentração de 100 µM e da solução controle contendo água destilada e o surfactante polissorbato 80 (Tween-80®, 0,03%) (v/v).

3.4. Análises morfofisiológicas

Ao final do experimento (30 DAS) foram determinados os seguintes parâmetros de crescimento: diâmetro, comprimento e volume da raiz, área foliar, área foliar específica e massa fresca e seca das folhas e da raiz. O diâmetro e comprimento da raiz e área foliar foram determinados utilizando o *software* ImageJ (Abràmoff et al. 2004), e o

volume da raiz foi obtido após sua imersão em uma proveta graduada, obtendo-se a diferença entre o volume final e o inicial. Para a determinação da massa fresca, as folhas e raízes foram pesadas separadamente em balança semi-analítica logo após a colheita, em seguida foram levadas a uma estufa de circulação forçada de ar a 65 °C até atingirem peso constante. A área foliar específica foi determinada pela razão entre a área foliar e a massa seca da folha. Além disso, com os dados de massa seca, foi calculado a razão entre parte aérea e raiz.

As medidas de trocas gasosas foram realizadas aos 27 DAS, às 8h da manhã com um analisador de gases infravermelho (IRGA - LCpro-SD Portable Photosynthesis Measurement System, ADC BioScientific, Hoddesdon, UK). A concentração de CO₂ de referência e a temperatura foram mantidas ambiente, foi utilizada radiação fotossinteticamente ativa de 1000 $\mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ com 10% de luz azul. Foram determinados a taxa de assimilação líquida do CO₂ (A), condutância estomática (g_s), taxa transpiratória (E), eficiência no uso da água (EUA , A/E) e concentração interna carbono (C_i), eficiência intrínseca no uso da água (EUA_i , A/g_s) e eficiência instantânea de carboxilação (A/C_i) (Freitas et al. 2022).

A emissão de fluorescência da clorofila a foi determinada em folhas pré-adaptadas ao escuro por 20 min, utilizando um fluorômetro portátil (modelo OS-30p+, Opti-Sciences, Hudson, EUA). Foram determinadas a fluorescência mínima (F_o), fluorescência máxima (F_m), a eficiência fotoquímica máxima do fotossistema II ($FSII$) (F_v/F_m).

3.5. Pigmentos fotossintéticos

Os níveis de pigmentos fotossintéticos foram determinados de acordo com Wellburn (1994), com modificações. Para isso, quatro discos (1 cm²) de folhas totalmente expandidas de 4 plantas por tratamento foram incubados em 7 mL dimetilsulfóxido por 48h no escuro (Santos et al. 2008). Após esse período o extrato foi lido em 480, 649 e 665 nm usando um espectrofotômetro (GTA-96 UV-VIS, Global Trade Technology). Foram determinados os teores de clorofila a , clorofila b , razão clorofila a/b , clorofilas totais e carotenoides totais.

3.6. Conteúdo relativo de água

Para determinação do conteúdo de água, foram coletados 10 discos foliares (1,0 cm de diâmetro) de folhas completamente expandidas de 5 plantas por tratamento. Para

obtenção da massa fresca (MF) os discos foram pesados em balança de precisão imediatamente após a coleta. Após a pesagem os discos foram submersos em água destilada por seis horas e após esse período foram pesados para a obtenção da massa túrgida (MT). Em seguida, foram secos a 65°C por 24 horas para obtenção da massa seca (MS) (Catsky 1974). O conteúdo de água foi expresso em porcentagem (%) e calculado de acordo com a equação 01. $[(MF-MS)/(MT-MS)] \times 100$.

$$\text{Conteúdo de água (\%)} = \frac{MF - MS}{MT - MS} 100 \quad (1)$$

3.7. Extravasamento de eletrólitos

O extravasamento de eletrólitos foi quantificado de acordo com Bajji et al. (2002). 10 discos foliares (1 cm²) foram coletados e acondicionados em tubos contendo 40 mL de água destilada, onde foram mantidos por 4 horas a 25°C sob agitação ocasional. Após esse período foi determinada a condutividade elétrica inicial (CE1) do extrato com um condutivímetro portátil (CD-880, Instrutherm). Em seguida, os tubos foram mantidos a 90°C por 2 horas e após esse período foi determinada a condutividade elétrica final (CE2). O extravasamento de eletrólitos foi expresso em porcentagem e calculado de acordo com a equação 02 $EE (\%) = (CE1/CE2) \times 100$.

3.8. Análises de qualidade pós-colheita

Após as análises fisiológicas e de crescimento, foram analisados a firmeza e colorimetria das raízes tuberosas do rabanete, as quais foram então trituradas e armazenadas em freezer -80 °C até a realização das análises de qualidade pós-colheita. Foram analisados os açúcares totais, redutores e não-redutores, compostos fenólicos totais, capacidade antioxidante (métodos DPPH, ABTS e FRAP) e minerais. Para as análises de fenólicos, capacidade antioxidante e minerais foram utilizados aproximadamente 1 g de material fresco, já para açúcares foram pesados 0,25 g.

3.8.1 Colorimetria

Para análise de colorimetria das raízes foi utilizado o aplicativo Colorimeter (Research Lab Tools) desenvolvido para dispositivos com sistema android®

(Sirisathitkula e Kaewareelap 2021). As medições foram realizadas em triplicata sobre as raízes tuberosas de 5 plantas por tratamento para determinar os valores de luminosidade (L), intensidade de vermelho/verde (+/-) (a), intensidade de amarelo/azul (+/-) (b). As diferenças totais de cor (delta E (ΔE)) entre L*, a* e b* das raízes foram calculadas da seguinte forma: $\Delta E = ((\Delta L^*)^2 + (\Delta a^*)^2 + (\Delta b^*)^2)^{1/2}$ (Pathare et al. 2013).

3.8.2. Firmeza

A firmeza das raízes foi determinada em N, utilizando um penetrômetro digital (PTR-300, Instrutherm®, São Paulo) com ponta de 3 mm. Foram realizadas três medidas por raiz, na porção equatorial.

3.8.3. Determinação da açúcares totais

Os açúcares totais foram quantificados utilizando o método antrona descrito por Yemm e Willis (1954). Os açúcares redutores foram quantificados de acordo com o método do ácido dinitrosalicílico (DNS) proposto por Miller (1959). Os açúcares não redutores foram determinados pela diferença entre os açúcares totais e os açúcares redutores. A glicose foi usada como referência para obtenção da curva padrão.

3.8.4. Determinação de capacidade antioxidante

A determinação da atividade antioxidante foi feita utilizando os métodos colorimétricos: DPPH (2,2-difenil-1-picril-hidrazila), ABTS (2,2'-azino-bis (ácido 3-etilbenzotiazolina sulfônico-6)) o ensaio FRAP (Ferric Reducing Ability Power) e expressa como capacidade antioxidante equivalente a Trolox (TEAC) em $\mu\text{mol TE}$ para cada amostra. DPPH e ABTS foram determinados de acordo com Rufino et al. (2007) e o FRAP foi determinado de acordo com Boroski et al. (2015).

O conteúdo de compostos fenólicos foi determinado de acordo com o método espectrofotométrico do Follin-Ciocalteu (1927) e expressos em equivalentes de ácido gálico.

3.8.5. Determinação de minerais

Cerca de 1 g de amostras de raízes foram pesadas em tubos de Kjeldhal e digeridas em 7 mL de uma mistura nitro-perclórica ($\text{HNO}_3:\text{HClO}_4$; 5:2) a 150 °C por 5 horas. Após a digestão, a solução mineral foi diluída com água destilada e filtrada através de papel filtro qualitativo, aferindo-se o volume final para 50 mL. Para a determinação Zn, Mg, Ca, e Mn, as amostras foram analisadas em espectrômetro de absorção atômica, com atomizador de chama, modelo iCE 3500 (Thermo scientific, Cambridge, Inglaterra). Os minerais foram analisados no modo de absorção atômica, utilizando lâmpadas de cátodo oco contendo estes elementos como fonte de radiação primária (Photron, Victoria, Austrália), e a correção de fundo foi feita com uma lâmpada de deutério acoplada ao equipamento. As curvas padrão foram preparadas com soluções padrão para cada elemento (Specsol, São Paulo, Brasil). Para mitigar a interferência química, na análise de Mg e Ca, adicionou-se lantânio às soluções minerais até atingir uma concentração de 0,1% de La. Os parâmetros instrumentais foram utilizados de acordo com as recomendações do fabricante e os dados foram processados utilizando-se o software SOLAAR (Thermo scientific, Cambridge, Inglaterra). O teor de fósforo foi analisado por espectrofotometria em espectrofotômetro UV-VIS modelo UV-5100 (Metash Instruments, Shanghai, China) de acordo com metodologia proposta por Rangana (1979). Ferro e Cobre também foram analisados no modo de absorção atômica, mas os níveis encontraram-se abaixo do limite de detecção.

3.9. Delineamento experimental e condução do experimento

Foi utilizado o delineamento experimental inteiramente casualizado, em esquema fatorial 2 x 2 (níveis de umidade no solo x níveis do biorregulador) com 4 tratamentos e 10 repetições, cada uma correspondendo a um vaso com duas plantas. Os dados foram submetidos à análise de variância pelo teste F ($P \leq 0,05$). As análises estatísticas foram realizadas utilizando o software Genes (Cruz 2016).

4. RESULTADOS

O crescimento das plantas de rabanete foi drasticamente reduzido pelo déficit hídrico em comparação com plantas bem irrigadas (Fig.1a). Em plantas não tratadas com MeJa, o déficit hídrico reduziu a massa fresca e seca de folhas em 54,73% e 27,09% e a massa fresca e seca de raízes em 67,32 % e 42,98%, respectivamente (Fig.1b-e). O déficit hídrico também reduziu o volume das raízes em 81,57%, no entanto a razão diâmetro equatorial/diâmetro longitudinal das raízes não foi afetada por nenhum dos fatores (Fig. 1f-g). Quanto à área foliar, houve uma redução nas plantas sob déficit hídrico e nenhum efeito do tratamento com metil jasmonato (Fig. 1h), já a área foliar específica foi afetada pelo déficit hídrico e pelo MeJa, ambos os fatores reduziram essa variável (Fig. 1i).

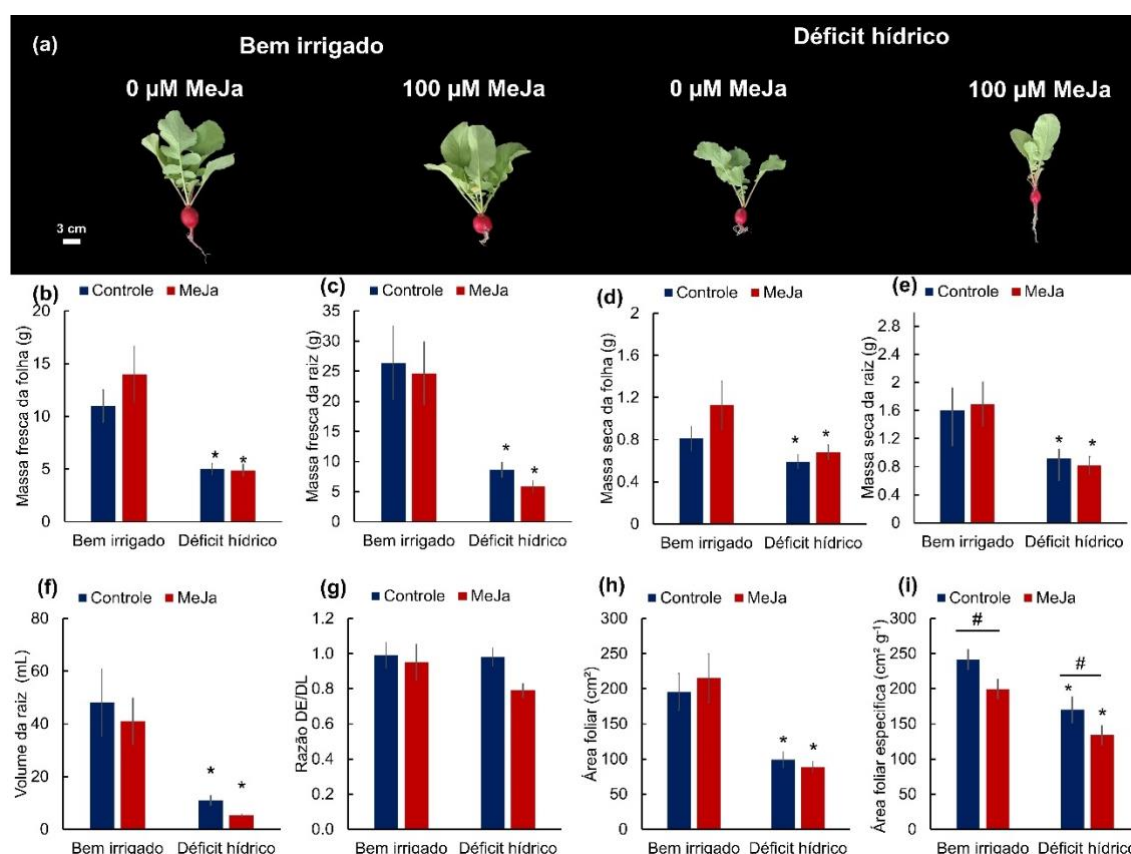


Figura 1. Parâmetros morfofisiológicos de plantas de rabanete com 30 dias de idade pulverizadas com água (0 μ M) ou metil jasmonato (100 μ M MeJa) e cultivadas sob irrigação com 80% da capacidade de retenção de água (bem irrigado) ou restrição hídrica por 7 dias (déficit hídrico). **a** Fenótipo da planta; **b** massa fresca da folha (g); **c** massa fresca da raiz (g); **d** massa seca da folha (g); **e** massa seca da raiz (g); **f** Volume da raiz (mL); **g** Razão diâmetro equatorial e diâmetro longitudinal da raiz; **h** Área foliar (cm²); **i** Área foliar específica (cm² g⁻¹). Os valores representam médias $\pm$ erro padrão (n = 10). Asteriscos (*) indicam diferenças entre os níveis de irrigação pelo teste F ($P \leq 0,05$) e hashtags (#) indicam diferenças entre as concentrações de metil jasmonato pelo teste F ($P \leq 0,05$).

O tratamento com MeJa não afetou nenhuma das variáveis de trocas gasosas. O déficit hídrico reduziu a assimilação de CO_2 (A), a condutância estomática (g_s), a evapotranspiração (E) e a eficiência de carboxilação (A/C_i), enquanto aumentou a eficiência intrínseca no uso da água (A/g_s) em 86,12% (Fig. 2 a-e). A eficiência quântica máxima do PSII (F_v/F_m) não foi afetada por nenhum dos fatores (Fig 2 f).

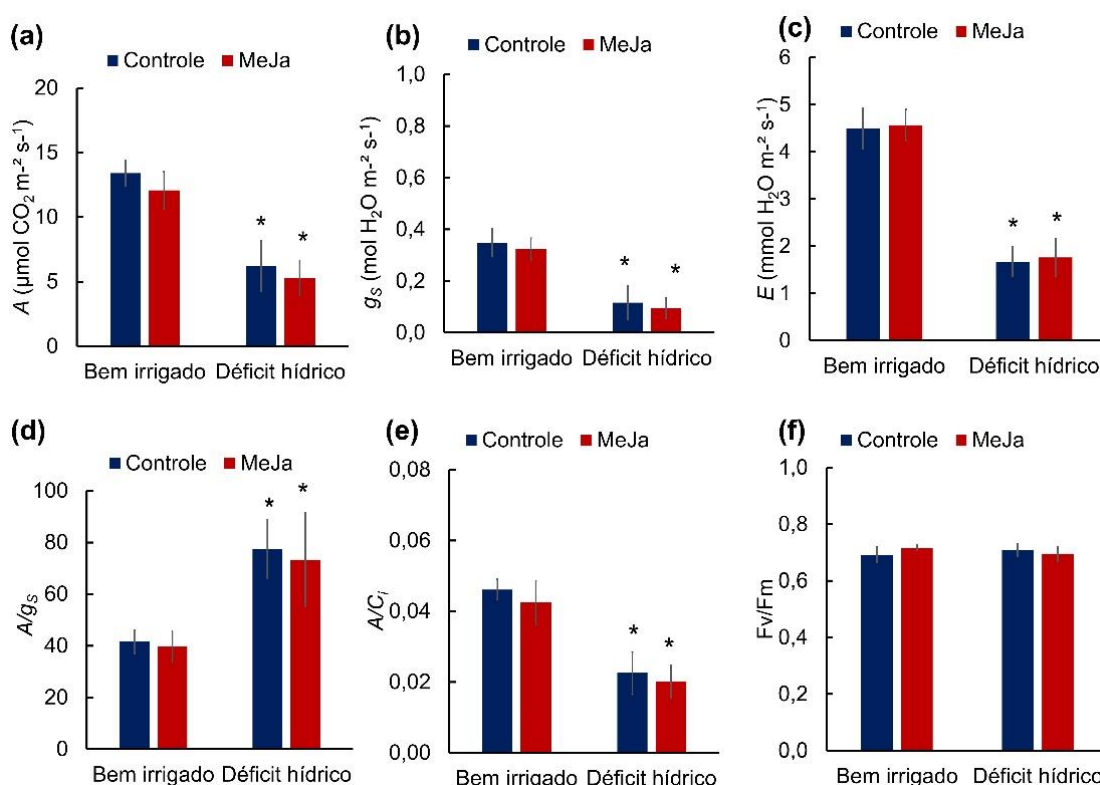


Figura 2. Trocas gasosas e fluorescência da clorofila de plantas de rabanete com 27 dias de idade bem irrigadas (80% da capacidade de retenção de água) ou sob restrição hídrica por 7 dias (déficit hídrico). As plantas foram pulverizadas com água (0 μM) ou 100 μM de metil jasmonato. **a** A ($\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$); **b** g_s ($\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$); **c** E ($\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$); **d** A/g_s ; **e** A/C_i ; **f** F_v/F_m . Os valores representam médias $\pm$ erro padrão (n = 10). Asteriscos indicam diferenças entre os níveis de irrigação pelo teste F ($P \leq 0,05$).

Os teores de pigmentos foram afetados apenas pela irrigação, não sendo afetados pelo MeJa (Fig. 3). As quantidades de clorofila a , b , a/b e carotenoides foram maiores nas plantas sob restrição hídrica em 114,36%, 75,64%, 17,73% e 121,93%, respectivamente, em comparação com as plantas bem irrigadas (Fig. 3 a-d). O extravasamento de eletrólitos foi afetado pela irrigação e pelo MeJa, enquanto o teor relativo de água foi afetado apenas pelo fator irrigação (Fig. 3e e f). Houve um aumento

do extravasamento de eletrólitos em 60,84% nas plantas de rabanete não tratadas com MeJa e em condições de déficit hídrico em relação ao controle bem irrigado; a aplicação do metil jasmonato foi eficaz em reduzir o extravasamento de eletrólitos (Fig. 3 e). Além disso, o déficit hídrico reduziu o teor relativo de água das plantas de rabanete (Fig. 3 f).

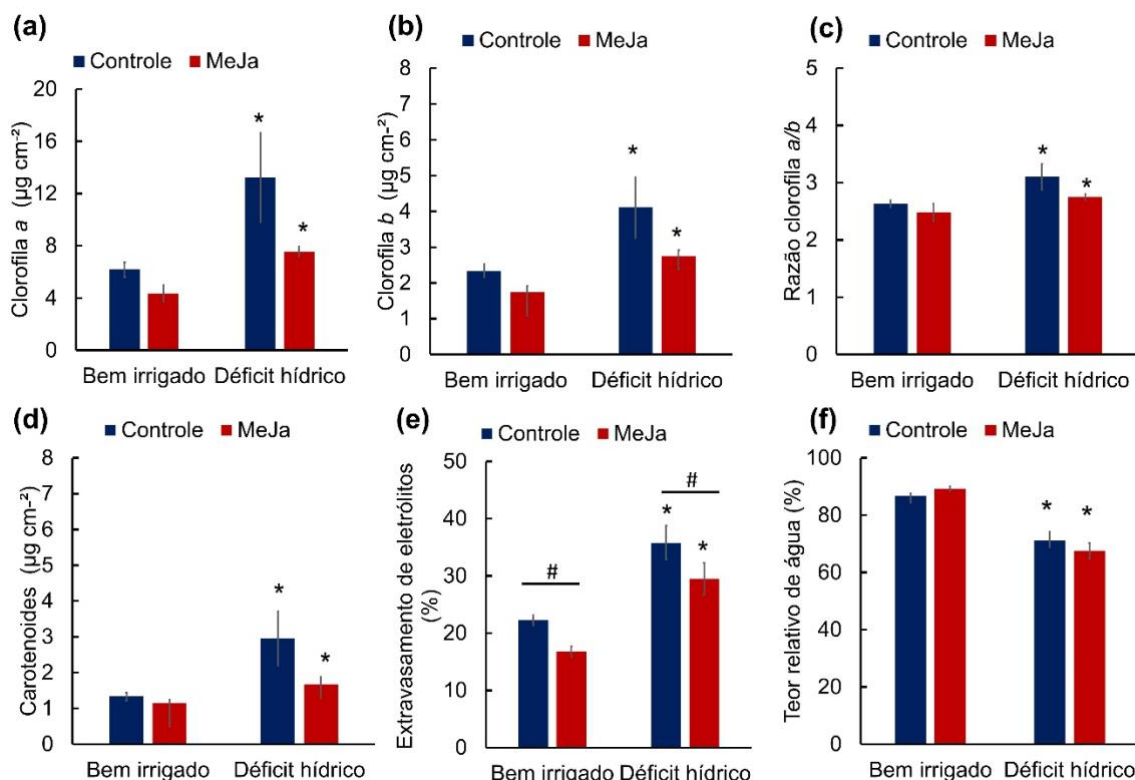


Figura 3. Pigmentos fotossintéticos, extravasamento de eletrólitos e teor relativo de água em plantas de rabanete com 27 dias de idade cultivadas sob dois níveis de irrigação: 80% da capacidade de retenção de água (CRA) ou déficit hídrico. As plantas foram pulverizadas com água (0 μM) ou 100 μM de metil jasmonato. **a** clorofila *a* (μg/cm²); **b** Clorofila *b* (μg/cm²); **c** Razão clorofila *a/b* (μg/cm²); **d** Carotenoides (μg/cm²); **e** Extravasamento de eletrólitos (%); **f** Teor relativo de água (%). Os valores representam médias ± erro padrão (n = 10). Asteriscos (*) indicam diferenças entre os níveis de irrigação pelo teste F ($P \leq 0,05$) e hashtags (#) indicam diferenças entre as concentrações de metil jasmonato pelo teste F ($P \leq 0,05$).

Dentre as variáveis de cor avaliadas, os parâmetros *a** e *b** não foram afetados por nenhum dos fatores, com todos os tratamentos estando localizados próximos ao eixo +*a**, revelando uma tendência a cor vermelha (Fig. 4 a-b). Por outro lado, a luminosidade (*L**) foi afetada pela irrigação, mas não pelo MeJa, sendo que as raízes de rabanete sob déficit hídrico apresentaram menor luminosidade (*L**) em relação as plantas bem irrigadas (Fig. 4 c). O fator irrigação também afetou os teores de açúcares e minerais das

raízes de rabanete. Nas plantas sob déficit hídrico, não tratadas com MeJa, os açúcares redutores e não redutores aumentaram em 124,07% e 200,89%, respectivamente, comparado às plantas bem irrigadas (Fig. 4 d-f).

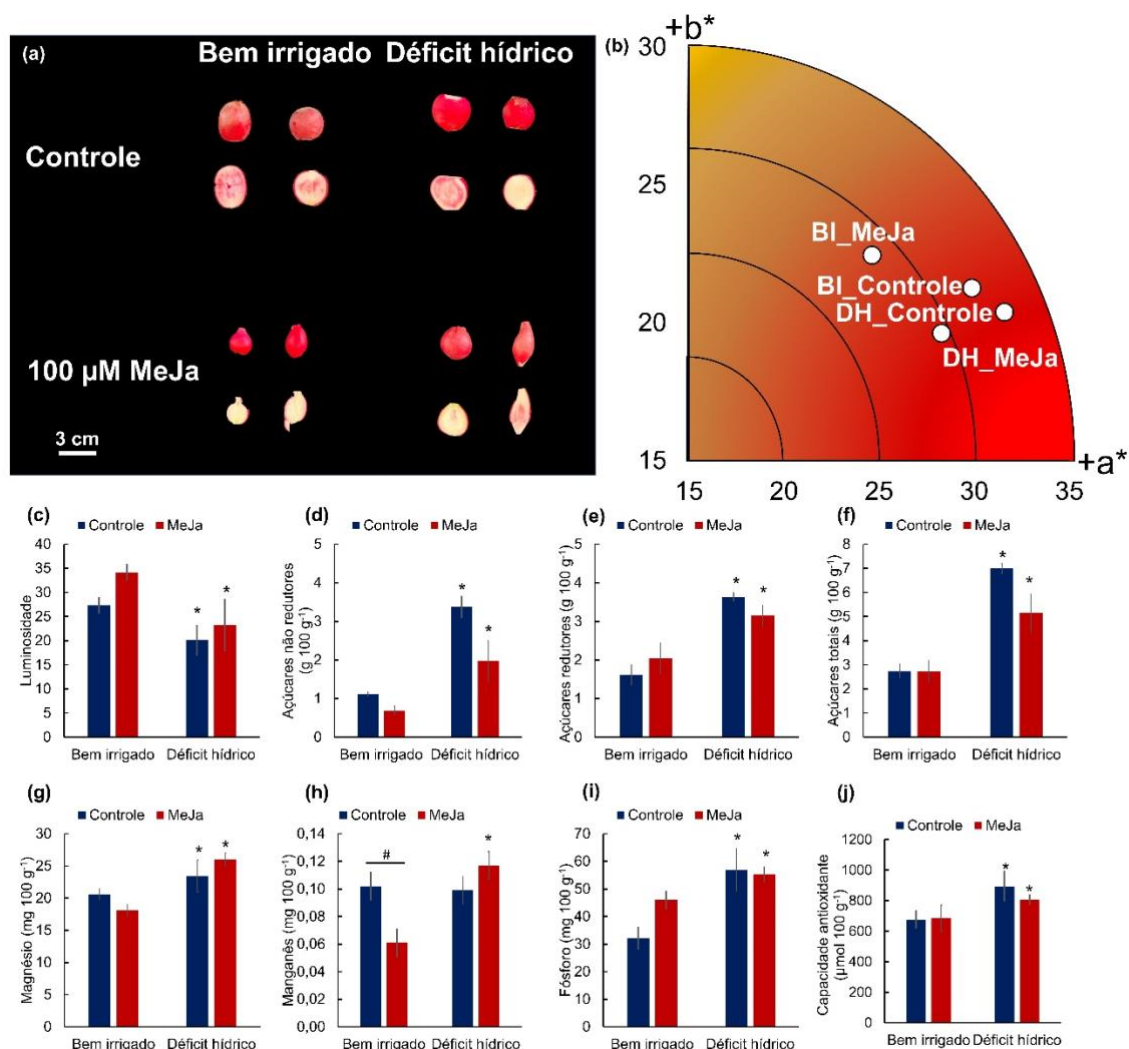


Figura 4. Parâmetros de cor, teores de açúcar e capacidade antioxidante em plantas de rabanete com 30 dias de idade cultivadas sob dois níveis de irrigação: 80% da capacidade de retenção de água (CRA) ou déficit hídrico. As plantas foram pulverizadas com água (0 µM) ou 100 µM de metil jasmonato. **a** Imagens representativas das raízes tuberosas de rabanete, mostrando sua casca e polpa; **b** Distribuição dos tratamentos no espaço de cor CIELAB; **c** Luminosidade (L*); **d** Açúcares redutores (mg 100 g⁻¹); **e** Açúcares não redutores (mg 100 g⁻¹); **f** Açúcares totais (mg 100 g⁻¹); **g** Magnésio (mg 100 g⁻¹); **h** Manganês (mg 100 g⁻¹); **i** Fósforo (mg 100 g⁻¹); **j** Capacidade antioxidante ABTS (mg 100 g⁻¹). Os valores representam médias ± erro padrão (n=10). Asteriscos (*) indicam diferenças entre os níveis de irrigação pelo teste F ($P \leq 0,05$) e hashtags (#) indicam diferenças entre as concentrações de metil jasmonato pelo teste F ($P \leq 0,05$).

Quanto aos minerais, houve um aumento nos teores de magnésio e fósforo nas raízes das plantas sob déficit hídrico, enquanto o teor de manganês foi afetado tanto pela

irrigação como pelo MeJa (Fig. 4 g-i). Nas plantas sob déficit hídrico magnésio e fósforo apresentaram um aumento de 13,88% e 76,94%, respectivamente, em relação a condição controle bem irrigada, já as plantas bem irrigadas tratadas com o MeJa, apresentaram uma redução de 40,20% na concentração de manganês em relação a condição controle bem irrigada. Manganês, zinco, cálcio, magnésio e fósforo apresentaram valores de 0,102 mg 100 g⁻¹, 1,51 mg 100 g⁻¹, 41,69 mg 100 g⁻¹, 20,6 mg 100 g⁻¹ e 32,17 mg 100 g⁻¹, respectivamente, nas plantas bem irrigadas e não tratadas com MeJa, sendo o Cálcio o mineral encontrado em maior quantidade nessa condição. Neste estudo a concentração de Zinco e Cálcio nas raízes não apresentou diferença entre os tratamentos e os valores de cobre e ferro nas raízes tuberosas encontraram-se em concentrações abaixo do detectável.

A atividade antioxidante determinada pelos métodos DPPH e FRAP não foi afetada por nenhum dos fatores, no entanto pelo método ABTS, as plantas de rabanete sob déficit, não tratadas com MeJa, apresentaram um aumento de 32,21% na capacidade antioxidante em comparação com as plantas bem irrigadas (Fig. 4 j). O conteúdo de fenólicos não apresentou diferenças entre os tratamentos.

5. DISCUSSÃO

O déficit hídrico é um dos fatores que mais contribuem para as perdas produtivas nas culturas vegetais (Harb et al. 2010) e o crescimento é um dos processos mais sensíveis à seca (Stagnari et al. 2017). Para que haja crescimento é necessário que ocorra expansão e divisão celular através da pressão de turgor exercida pela água (Jaleel et al. 2009). Em condições de déficit hídrico, esse processo pode ser prejudicado, resultando assim no crescimento reduzido da planta. Além disso, o estresse causado pelo déficit hídrico reduz a abertura estomática, levando a interrupção da fotossíntese, processo fundamental para o desenvolvimento vegetal (Bhandari et al. 2023). Neste trabalho, observou-se que as plantas de rabanete sob déficit hídrico apresentaram menor teor relativo de água e tiveram crescimento e biomassa afetados negativamente pela restrição hídrica, além de ter reduzido a área foliar, que por sua vez pode estar associada a diminuição nas taxas de assimilação de CO₂ e condutância estomática.

O crescimento das raízes é uma importante resposta das plantas à disponibilidade de água, e sua diminuição pode ser atribuída à redução da alocação de carbono devido à diminuição da parte aérea induzida pela seca (Hund et al. 2008; Comas et al. 2013). Isso ocorre devido aos órgãos fonte não conseguirem manter o fornecimento adequado de

assimilados para sustentar o crescimento dos demais órgãos sob tais condições (Albacete et al. 2014). Nesse sentido, aqui a redução no crescimento das raízes de rabanete pode estar relacionada a redução da área foliar.

A área foliar específica é compreendida como a área superficial de captura de luz por unidade de matéria seca (Poorter et al. 2009). Trata-se de um parâmetro que reflete aspectos da morfologia foliar, como densidade e espessura das folhas através da alocação de carbono (Poorter e Nagel 2000; Lobo et al. 2010). Aqui, a redução da área foliar específica sob déficit hídrico pode indicar aumento da espessura das folhas como estratégia de aclimação a condição de estresse, o que foi ainda mais evidente quando aplicado o metil jasmonato.

As clorofilas *a* e *b* são pigmentos essenciais, que atuam na absorção direta de luz e os carotenoides atuam na fotoproteção do aparelho fotossintético contra danos oxidativos, frequentemente relacionados a presença de EROs (Simkin et al. 2022). Nas plantas de rabanete sob déficit hídrico houve um aumento nas concentrações de clorofila *a* e *b* e carotenoides. Esse resultado pode estar relacionado com a redução da área foliar das plantas de rabanete. Resultados semelhantes também foram observados em beterraba vermelha (*Beta vulgaris* L.) (Stagnari et al. 2014) e em batata (*Solanum tuberosum* L.) (Yactayo, et al. 2013; Rolando et al. 2015).

Como estratégia para evitar a perda de água, a planta fecha os estômatos, o que causa limitações na fotossíntese devido a diminuição de CO₂ interno (Bansal et al. 2019). Aqui, o déficit hídrico reduziu drasticamente a *gs*, o que resultou em menor *A* e *E*. Além disso, a eficiência instantânea de carboxilação (*A/Ci*) das plantas de rabanete foi afetada pela seca, enquanto a *F_v/F_m* não foi, o que sugere que danos bioquímicos podem ter sido causados pelo déficit, não sendo o metil jasmonato capaz de mitigar esses efeitos. No entanto, as plantas de rabanete apresentaram economia no uso da água sob estresse hídrico, já que houve o aumento da eficiência intrínseca do uso da água, ou seja, as plantas de rabanete apresentaram alta eficiência do uso da água em condições de déficit hídrico. A eficiência intrínseca no uso da água, compreendida como a razão da taxa fotossintética líquida à condutância estomática, tem papel importante na quantificação da absorção de carbono e da perda de água, e fornece informações sobre mecanismos das respostas fisiológicas das plantas às mudanças climáticas (Keenan et al. 2013; Gresset et al. 2014).

O extravasamento de eletrólitos indica a integridade da membrana celular, e seu aumento indica perda da integridade da membrana e maior extravasamento de íons

(Khoshbakht e Asgharei 2015). Sob condições de estresse hídrico, a membrana plasmática é danificada, acarretando no aumento da sua permeabilidade (Javadipour et al. 2022). Aqui, o déficit hídrico danificou a integridade celular, mas a aplicação do metil jasmonato foi eficaz em diminuir o extravasamento de elétrons aumentando a estabilidade da membrana. A aplicação de metil de jasmonato também reduziu o extravasamento de eletrólitos em plantas de *Triticum aestivum* (Javadipour et al. 2022). Outros estudos têm demonstrado que a aplicação de metil jasmonato induz o aumento da atividade antioxidante o que diminui o conteúdo de EROs e consequentemente os danos oxidativos (Farooq et al. 2016; Fugate et al. 2018).

A luminosidade (L^*) é a escala que varia do preto (0) ao branco (100). Baixos valores de L^* representam cores mais escuras e valores mais altos representam cores mais claras (Ferreira e Spricigo 2017). Aqui, os menores valores de L^* observados nas raízes de rabanete sob déficit hídrico indicam que a restrição hídrica afetou o parâmetro tornando a cor das raízes mais opaca/sem brilho, característica que torna o órgão menos atrativo para o consumidor. Não houve diferença de cor (ΔE) entre os tratamentos e condições.

Em plantas sob condições adversas, o acúmulo de osmoprotetores, como alguns açúcares solúveis, representa um mecanismo de defesa contra os efeitos do estresse (Zulfqar et al. 2020). O aumento dos açúcares totais nas raízes das plantas de rabanete sob déficit hídrico sugere um processo de ajuste osmótico através do aumento de solutos no interior celular. Em condições de seca, esses compostos, além de auxiliar no equilíbrio osmótico da planta, facilitando a retenção e a absorção de água em condições de baixa disponibilidade, também regulam a atividade antioxidante, contribuindo para a eliminação de EROS (Singh et al. 2015), o que justifica o aumento na capacidade antioxidante observada nas plantas de rabanete sob déficit hídrico.

O aumento dos açúcares totais pode implicar também na redução da síntese de açúcares estruturais, reduzindo assim o crescimento da planta. Por outro lado, a maior concentração desses compostos aumenta a qualidade do rabanete, contribuindo para um melhor sabor e trazendo benefícios para a saúde do consumidor.

De modo geral o rabanete é uma boa fonte de minerais como cálcio, magnésio e manganês (Gamba et al. 2021). O maior conteúdo desses minerais sob déficit hídrico pode estar relacionado a redução no tamanho das raízes, o que pode resultar em um efeito de concentração. Nesse estudo os valores de manganês e magnésio nas condições controle

se encontram próximos do encontrado por Goyeneche et al. (2015) enquanto os outros minerais apresentaram valores distantes.

6. CONCLUSÃO

O déficit hídrico reduz as trocas gasosas e o crescimento das plantas de rabanete e o MeJa não mitiga esses efeitos. Além disso, o MeJa não afetou a qualidade pós-colheita das raízes tuberosas. Dessa forma, a aplicação exógena de MeJa não é recomendada para plantas de rabanete sob déficit hídrico.

7. REFERÊNCIAS

- Abràmoff MD, Magalhães PJ, Ram SJ (2004) Image processing with ImageJ. *Biophotonics international*, 11(7), 36-42.
- Ahmad P, Rasool S, Gul A, Sheikh SA, Akram NA, Ashraf M, Kazi AM, Gucel S (2016) Jasmonates: multifunctional roles in stress tolerance. *Frontiers in plant science*, 7, 813. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00813>
- Akula, R., & Ravishankar, G. A. (2011). Influence of abiotic stress signals on secondary metabolites in plants. *Plant signaling & behavior*, 6(11), 1720-1731.
- Albacete AA, Martínez-Andújar C, Pérez-Alfocea F (2014) Hormonal and metabolic regulation of source–sink relations under salinity and drought: From plant survival to crop yield stability. *Biotechnology Advances*, 32(1), 12–30. doi: 10.1016/j.biotechadv.2013.10.005
- Anjum, S. A., Tanveer, M., Hussain, S., Tung, S. A., Samad, R. A., Wang, L., ... & Shahzad, B. (2016). Exogenously applied methyl jasmonate improves the drought tolerance in wheat imposed at early and late developmental stages. *Acta Physiologiae Plantarum*, 38, 1-11.
- Bajji M, Kinet JM, Lutts S (2002) The use of the electrolyte leakage method for assessing cell membrane stability as a water stress tolerance test in durum wheat. *Plant Growth Regulation*, 36(1), 61–70. doi:10.1023/a:1014732714549
- Banihani S (2017) Radish (*Raphanus sativus*) and Diabetes. *Nutrients*, 9(9), 1014. doi:10.3390/nu9091014
- Bansal S, Thakur A, Singh S, Bakshi M, Bansal S (2019) Changes in crop physiology under drought stress: A review. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 8(4), 1251-1253.
- Basu S, Ramegowda V, Kumar A, Pereira A (2016). Plant adaptation to drought stress. *F1000Research*, 5, 1554. doi:10.12688/f1000research.7678.1
- Bhandari U, Gajurel A, Khadka B, Thapa I, Chand I, Bhatta D, Shrestha J (2023) Morpho-physiological and biochemical response of rice (*Oryza sativa* L.) to drought stress: A review. *Heliyon*, 9(3).

- Boroski M, Visentainer JV, Cottica SM, Morais DD (2015). Antioxidantes: Princípios e métodos analíticos, 1st ed. Appris, Curitiba.
- Büssis D, Kauder F, Heineke D (1998). Acclimation of potato plants to polyethylene glycol-induced water deficit I. Photosynthesis and metabolism. *Journal of experimental botany*. 49(325), 1349-1360.
- Catsky J (1974) Water content. *Methods of studying plant water relations*. 121-156
- Chen W, Wang Y, Xu L, Dong J, Zhu X, Ying J, Liu L (2019) Methyl jasmonate, salicylic acid and abscisic acid enhance the accumulation of glucosinolates and sulforaphane in radish (*Raphanus sativus* L.) taproot. *Scientia Horticulturae*, 250, 159-167. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.02.024>
- Cheong JJ, Choi YD (2003) Methyl jasmonate as a vital substance in plants. *Trends in Genetics*, 19(7), 409–413. [https://doi:10.1016/s0168-9525\(03\)00138-0](https://doi:10.1016/s0168-9525(03)00138-0)
- Comas LH, Becker SR, Cruz VMV, Byrne PF, Dierig DA (2013) Root traits contributing to plant productivity under drought. *Frontiers in Plant Science*, 4. <https://doi.org/10.3389/fpls.2013.00442>
- Cruz, CD (2016) Genes Software – extended and integrated with the R, Matlab and Selegen. *Acta Scientiarum. Agronomy*, 38(4), 547. <https://doi:10.4025/actasciagron.v38i3.32629>
- Cutler SR, Rodriguez P L, Finkelstein RR, Abrams SR (2010) Abscisic acid: emergence of a core signaling network. *Annual review of plant biology*, 61(1), 651-679.
- Fakana S T (2020) Causes of climate change. *Global Journal of Science Frontier Research*, 20, 7-12.
- Fakana ST (2020) Causes of climate change. *Global Journal of Science Frontier Research*, 20, 7-12.
- Farooq MA, Gill RA, Islam F, Ali B, Liu H, Xu J, Zhou W (2016) Methyl jasmonate regulates antioxidant defense and suppresses arsenic uptake in *Brassica napus* L. *Frontiers in Plant Science*, 7, 468. <https://doi:10.3389/fpls.2016.00468>

- Fattorini L, Hause B, Gutierrez L, Veloccia A, Della Rovere F, Piacentini D, Altamura, MM (2018) Jasmonate promotes auxin-induced adventitious rooting in dark-grown *Arabidopsis thaliana* seedlings and stem thin cell layers by a cross-talk with ethylene signalling and a modulation of xylogenesis. *BMC plant biology*, 18, 1-18.
- Ferreira MD, Spricigo PC (2017) Colorimetria-princípios e aplicações na agricultura.
- Fleury LC, Miguel JCH, Taddei R (2019) Mudanças climáticas, ciência e sociedade. *Sociologias*, 21, 18-42.
- Folin O, Ciocalteu V (1927) On tyrosine and tryptophane determinations in proteins. *J. biol. Chem*, 73(2), 627-650.
- Freitas IS, Trennepohl BI, Acioly TMS, Conceição VJ, Mello SC, Dourado Neto D, Azevedo RA (2022) Exogenous application of L-arginine improves protein content and increases yield of *Pereskia aculeata* Mill. grown in soilless media container. *Horticulturae*, 8(2), 142. [https:// doi.org/10.3390/horticulturae8020142](https://doi.org/10.3390/horticulturae8020142)
- Fugate KK, Lafta AM, Eide JD, Li G, Lulai EC, Olson LL, Finger FL (2018) Methyl jasmonate alleviates drought stress in young sugar beet (*Beta vulgaris* L.) plants. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 204(6), 566-576. <https://doi:10.1111/jac.12286>
- Gaion LA, Monteiro CC, Cruz FJR, Rossatto DR, Lopez-Diaz I, Carrera E, Lima JE, Peres LEP, Carvalho RF (2018) Constitutive gibberellin response in grafted tomato modulates root-to-shoot signaling under drought stress. *J Plant Physiol* 221:11–21. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2017.12.003>
- Gamba M, Asllanaj E, Raguindin PF, Glisic M, Franco OH, Minder B, Muka T (2021) Nutritional and phytochemical characterization of radish (*Raphanus sativus*): A systematic review. *Trends in Food Science & Technology*, 113, 205–218. <https://doi:10.1016/j.tifs.2021.04.045>
- Ghorbanli M, Gafarabad M, Amirkian TANNAZ, ALLAHVERDI MB (2013) Investigation of proline, total protein, chlorophyll, ascorbate and dehydroascorbate changes under drought stress in Akria and Mobil tomato cultivars. *Iranian Journal of Plant Physiology* 3 (2), 651-658.

- Goyeneche R, Roura S, Ponce A, Vega-Gálvez A, Quispe-Fuentes I, Uribe E, Di Scala K (2015) Chemical characterization and antioxidant capacity of red radish (*Raphanus sativus* L.) leaves and roots. *Journal of functional foods*, 16, 256-264. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2015.04.049>
- Gresset S, Westermeier P, Rademacher S, Ouzunova M, Presterl T, Westhoff P, Schon CC (2013) Stable Carbon Isotope Discrimination Is under Genetic Control in the C4 Species Maize with Several Genomic Regions Influencing Trait Expression. *Plant Physiology* 164(1), 131–143. doi:10.1104/pp.113.224816
- Harb, A., Krishnan, A., Ambavaram, M. M. R., & Pereira, A. (2010). Molecular and Physiological Analysis of Drought Stress in Arabidopsis Reveals Early Responses Leading to Acclimation in Plant Growth. *Plant Physiology*, 154(3), 1254–1271. <https://doi.org/10.1104/pp.110.161752>
- Henschel JM, Brito FA, Pimenta TM, Picoli EA, Zsögön A, Ribeiro DM (2021) Irradiance-regulated biomass allocation in *Raphanus sativus* plants depends on gibberellin biosynthesis. *Plant Physiology and Biochemistry*, 168, 43-52. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2021.09.043>
- Henschel JM, Dantas EFO, Soares VA, Santos LWO, Dias TJ, Batista DS (2022) Salicylic acid mitigates the effects of mild drought stress on radish (*Raphanus sativus*) growth. *Functional Plant Biology* 49, 822-831. <https://doi.org/10.1071/FP22040>
- Henschel JM, Dantas EFO, Soares VA, Santos S K, Gomes DS, Ferreira LM, Lopes AD, Dias TJ, Batista DS (2023) Drought stress mitigation by foliar application of L-carnitine and its effect on radish morphophysiology. *Physiol Mol Biol Plants* 29, 579–590 <https://doi.org/10.1007/s12298-023-01308-6>
- Ho TT, Murthy HN, Park SY (2020) Methyl jasmonate induced oxidative stress and accumulation of secondary metabolites in plant cell and organ cultures. *International journal of molecular sciences*, 21(3), 716. <https://doi.org/10.3390/ijms21030716>
- Hund A, Ruta N, Liedgens M (2008) Rooting depth and water use efficiency of tropical maize inbred lines, differing in drought tolerance. *Plant Soil*, 318:311–325 <https://doi.org/10.1007/s11104-008-9843-6>.

- Imran QM, Falak N, Hussain A, Mun BG, Yun BW (2021) Abiotic stress in plants; stress perception to molecular response and role of biotechnological tools in stress resistance. *Agronomy*, 11(8), 1579. <https://doi.org/10.3390/agronomy11081579>
- Jaleel CA, Manivannan PARAMASIVAM, WahidA, FarooqM, Al-Juburi HJ, Somasundaram RAMAMURTHY, Panneerselvam R (2009) Drought stress in plants: a review on morphological characteristics and pigments composition. *Int. J. Agric. Biol*, 11(1), 100-105. Online: 1814–959608–305/IGC-DYT/2009/11–1–100–105
- Javadipour Z, Balouchi H, Movahhedi Dehnavi M, Yadavi A (2022) Physiological responses of bread wheat (*Triticum aestivum*) cultivars to drought stress and exogenous methyl jasmonate. *Journal of Plant Growth Regulation*, 41(8), 3433-3448. <https://doi.org/10.1007/s00344-021-10525-w>
- Kamińska M (2021) Role and activity of jasmonates in plants under in vitro conditions. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)*, 146(3), 425-447.
- Keenan TF, Hollinger DY, Bohrer G, Dragoni D, Munger JW, Schmid HP, Richardson AD (2013) Increase in forest water-use efficiency as atmospheric carbon dioxide concentrations rise. *Nature*, 499(7458), 324–327. <https://doi:10.1038/nature12291>
- Khoshbakht D, Asgharei MR (2015) Influence of foliar-applied salicylic acid on growth, gas-exchange characteristics, and chlorophyll fluorescence in citrus under saline conditions. *Photosynthetica*, 53(3), 410–418. <https://doi:10.1007/s11099-015-0109-2>
- Li J, Yang Y, Sun K, Chen Y, Chen X, Li X (2019) Exogenous melatonin enhances cold, salt and drought stress tolerance by improving antioxidant defense in tea plant (*Camellia sinensis* (L.) O. Kuntze). *Molecules*, 24(9), 1826.
- Lobo F de A, Ortíz CER, Lucena IC, Arduin M (2010) Efeito da irrigação e da ontogenia sobre a estimativa da área foliar de *Hancornia speciosa* Gómez (mangabeira). *Revista Brasileira de Fruticultura*, 32(3), 754–762. <https://doi:10.1590/s0100-29452010005000100>
- Lopes, AS, Dias TJ, Henschel JM, da Silva JHB, de Oliveira Sousa VF, Targino VA, Leal MPS, Gomes DS, Albuquerque MB, Batista DS (2024). Methyl Jasmonate Mitigates Drought Stress in Purple Basil by Enhancing Photosynthesis and Secondary

- Metabolism. *Journal of Plant Growth Regulation*, 1-14.
<https://doi.org/10.1007/s00344-024-11392-x>
- Mafakheri A, Siosemardeh AF, Bahramnejad B, Struik PC, Sohrabi Y (2010). Effect of drought stress on yield, proline and chlorophyll contents in three chickpea cultivars. *Australian journal of crop science*, 4(8), 580-585.
- Malhi GS, Kaur M, Kaushik P (2021) Impact of climate change on agriculture and its mitigation strategies: A review. *Sustainability*, 13(3), 1318.
- Miller GL (1959) Use of Dinitrosalicylic Acid Reagent for Determination of Reducing Sugar. *Analytical Chemistry*, 31(3), 426–428. <https://doi:10.1021/ac60147a030>
- Minhas PS, Rane J, Pasala RK (2017) Abiotic stresses in agriculture: An overview. *Abiotic stress management for resilient agriculture*, 3-8.
- Mohamed HI, Latif HH (2017) Improvement of drought tolerance of soybean plants by using methyl jasmonate. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 23(3), 545–556.
<https://doi:10.1007/s12298-017-0451-x>
- Morgan PW, Drew MC (1997) Ethylene and plant responses to stress. *Physiologia Plantarum*, 100(3), 620-630.
- Nishio T (2017) Economic and academic importance of radish. *The radish genome*, 21: 1-10. https://doi.org/10.1007/978-3-319-59253-4_1
- Olaiya CO, Gbadegesin MA, Nwauzoma AB (2013) Bioregulators as tools for plant growth, development, defence and improvement. *African Journal of Biotechnology*, 12(32), 4987-4999. <https://doi: 10.5897/AJB12.380>
- Olaiya CO, Gbadegesin MA, Nwauzoma AB (2013) Bioregulators as tools for plant growth, development, defence and improvement. *African Journal of Biotechnology*, 12(32), 4987-4999. doi: 10.5897/AJB12.380
- Osakabe, Y., Osakabe, K., Shinozaki, K., & Tran, L. S. P. (2014). Response of plants to water stress. *Frontiers in plant science*, 5, 86.

- Pathare PB, Opara, UL, Al-Said FAJ (2013). Colour measurement and analysis in fresh and processed foods: A review. *Food and bioprocess technology*, 6, 36-60. <https://doi.org/10.1007/s11947-012-0867-9>
- Poorter H, Nagel O (2000) The role of biomass allocation in the growth response of plants to different levels of light, CO₂, nutrients and water: a quantitative review. *Australian Journal of Plant Physiology*, 27(12), 1191. https://doi:10.1071/pp99173_co
- Poorter H, Niinemets Ü, Poorter L, Wright IJ, Villar R (2009) Causes and consequences of variation in leaf mass per area (LMA): a meta-analysis. *New phytologist*, 182(3), 565-588. <https://doi: 10.1111/j.1469-8137.2009.02830.x>
- Rangana S (1979) *Manual of analysis of fruit and vegetable products*. Tata McGraw-Hill.
- Reyes-Díaz M, Lobos T, Cardemil L, Nunes-Nesi A, Retamales J, Jaakola L, Ribera-Fonseca A (2016) Methyl Jasmonate: An Alternative for Improving the Quality and Health Properties of Fresh Fruits. *Molecules*, 21(6), 567. <https://doi:10.3390/molecules21060567>
- Riehl S, Pustovoytov KE, Weippert H, Klett S, Hole F (2014) Drought stress variability in ancient Near Eastern agricultural systems evidenced by ¹³C in barley grain. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 111(34), 12348–12353. <https://doi:10.1073/pnas.1409516111>
- Riemann M, Dhakarey R, Hazman M, Miro B, Kohli A, Nick P (2015) Exploring jasmonates in the hormonal network of drought and salinity responses. *Frontiers in plant science*, 6, 1077. doi: 10.3389/fpls.2015.01077
- Rolando JL, Ramírez DA, Yactayo W, Monneveux P, Quiroz, R (2015) Leaf greenness as a drought tolerance related trait in potato (*Solanum tuberosum* L.). *Environmental and Experimental Botany*, 110, 27-35. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2014.09.006>
- Rufino MSM, Alves RE, Brito ES, Morais SM, Sampaio CG, Pérez-Jiménez J, Saura-Calixto FD. *Metodologia Científica: Determinação da Atividade Antioxidante Total em Frutas pela Captura do Radical Livre ABTS*. EMBRAPA. Comunicado Técnico on-line nº 127. Fortaleza. 2007. ISSN: 1679-6535.

- Santos L, Oliveira JE, Maduro-Abreu A, Litre G, Sátiro GS, Soares DDC (2021) Mudanças climáticas, mudanças produtivas e saúde: complexas interações na literatura nacional. *Ciência & Saúde Coletiva*, 26 5315-5328.
- Santos RP, Cruz ACFD, Iarema L, Kuki KN, Otoni WC (2008) Protocolo para extração de pigmentos foliares em porta-enxertos de videira micropropagados. 55(4): 356-364
- Seleiman MF, Al-Suhaibani N, Ali N, Akmal M, Alotaibi M, Refay Y, Battaglia ML (2021) Drought Stress Impacts on Plants and Different Approaches to Alleviate Its Adverse Effects. *Plants*, 10(2), 259. <https://doi:10.3390/plants10020259>
- Shao HB, Chu LY, Jaleel CA, Manivannan P, Panneerselvam R, Shao MA (2009) Understanding water deficit stress-induced changes in the basic metabolism of higher plants—biotechnologically and sustainably improving agriculture and the ecoenvironment in arid regions of the globe. *Critical reviews in biotechnology*, 29(2), 131-151.
- Simkin AJ, Kapoor L, Doss CGP, Hofmann TA, Lawson T, Ramamoorthy S (2022) The role of photosynthesis related pigments in light harvesting, photoprotection and enhancement of photosynthetic yield in planta. *Photosynthesis Research*, 152(1), 23-42. <https://doi.org/10.1007/s11120-021-00892-6>
- Singh M, Kumar J, Singh S, Singh VP, Prasad SM (2015) Roles of osmoprotectants in improving salinity and drought tolerance in plants: a review. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, 14(3), 407–426. <https://doi:10.1007/s11157-015-9372-8>
- Soares VA, Dantas EFO, dos Santos SK, Santos LWO, Dias TJ, Henschel JM, Batista DS (2022) Correction: Effect of salicylic acid on the growth and biomass partitioning in water-stressed radish plants. *Vegetos*, 35(3), 858-858. <https://doi:10.1007/s42535-022-00381-8>
- Soares VA, Dantas EFO, Santos, S. K, Santos LWO, Dias TJ, Henschel JM, Batista DS (2022) Effect of salicylic acid on the growth and biomass partitioning in water-stressed radish plants. *Vegetos*, 35(3), 585-591. <https://doi.org/10.1007/s42535-022-00358-7>

- Stagnari F, Galieni A, D'Egidio S, Pagnani G, Pisante M (2017) Responses of radish (*Raphanus sativus*) to drought stress. *Annals of Applied Biology*, 172(2), 170–186. <https://doi:10.1111/aab.12409>
- Stagnari F, Galieni A, Specia S, Cafiero G, Pisante M (2014) Effect of Light and Water Supply on Morphological and Physiological Leaf Traits of Red Beet. *Agronomy Journal*, 106(2), 459. <https://doi:10.2134/agronj2013.0293>
- Sugiura D, Betsuyaku E, Terashima I (2015) Manipulation of the hypocotyl sink activity by reciprocal grafting of two *Raphanus sativus* varieties: its effects on morphological and physiological traits of source leaves and whole-plant growth. *Plant, Cell & Environment*, 38(12), 2629–2640. <https://doi:10.1111/pce.12573>
- Takahashi I, Hara M (2013) Enhancement of starch accumulation in plants by exogenously applied methyl jasmonate. *Plant Biotechnology Reports*, 8(2), 143–149. <https://doi:10.1007/s11816-013-0304-1>
- Waadt, R., Seller, C. A., Hsu, P. K., Takahashi, Y., Munemasa, S., & Schroeder, J. I. (2022). Plant hormone regulation of abiotic stress responses. *Nature Reviews Molecular Cell Biology*, 23(10), 680-694.
- Wang SY, Shi XC, Liu FQ, Laborda P (2021) Effects of exogenous methyl jasmonate on quality and preservation of postharvest fruits: A review. *Food chemistry*, 353, 129482. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.129482>
- Wasternack C, Hause B (2002) Jasmonates and octadecanoids: Signals in plant stress responses and development. *Progress in Nucleic Acid Research and Molecular Biology*, 165–221. [https://doi:10.1016/s0079-6603\(02\)72070-9](https://doi:10.1016/s0079-6603(02)72070-9)
- Wellburn AR (1994) The Spectral Determination of Chlorophylls a and b, as well as Total Carotenoids, Using Various Solvents with Spectrophotometers of Different Resolution. *Journal of Plant Physiology*, 144(3), 307–313. [https://doi:10.1016/s0176-1617\(11\)81192-2](https://doi:10.1016/s0176-1617(11)81192-2)
- Wu H, Wu X, Li Z, Duan L, Zhang M (2012) Physiological evaluation of drought stress tolerance and recovery in cauliflower (*Brassica oleracea* L.) seedlings treated with methyl jasmonate and coronatine. *Journal of Plant Growth Regulation*, 31, 113-123. <https://doi.org/10.1007/s00344-011-9224-x>

- Yactayo W, Ramírez DA, Gutiérrez R, Mares V, Posadas A, Quiroz R (2013) Effect of partial root-zone drying irrigation timing on potato tuber yield and water use efficiency. *Agricultural Water Management*, 123, 65–70. <https://doi.org/10.1016/j.agwat.2013.03.009>
- Yan Y, Borrego E, Kolomiets MV (2013) Jasmonate biosynthesis, perception and function in plant development and stress responses. *Lipid metabolism. InTech*, 393-442. doi:10.5772/52675
- Yemm EW, Willis A (1954) The estimation of carbohydrates in plant extracts by anthrone. *Biochemical journal*, 57(3), 508-514.
- Yoon JY, Hamayun M, Lee SK, Lee IJ (2009) Methyl jasmonate alleviated salinity stress in soybean. *Journal of Crop Science and Biotechnology*, 12, 63-68. doi:10.1007/s12892-009-0060-5
- Yu X, Zhang W, Zhang Y, Zhang X, Lang, D, Zhang X (2018) The roles of methyl jasmonate to stress in plants. *Functional Plant Biology* 46: 197-212. <https://doi.org/10.1071/FP18106>
- Zargar SM, Gupta N, Nazir M, Mahajan R, Malik FA, Sofi NR, Salgotra RK (2017) Impact of drought on photosynthesis: Molecular perspective. *Plant gene*, 11:154-159.
- Zhang Y, Xu J, Li R, Ge Y, Li Y, Li R (2023) Plants' response to abiotic stress: Mechanisms and strategies. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(13), 10915. <https://doi.org/10.3390/ijms241310915>
- Zulfiqar F, Akram NA, Ashraf M (2019) Osmoprotection in plants under abiotic stresses: new insights into a classical phenomenon. *Planta*, 251(1). <https://doi.org/10.1007/s00425-019-03293-1>
- Zulfiqar F, Ashraf M (2021) Bioregulators: unlocking their potential role in regulation of the plant oxidative defense system. *Plant Molecular Biology*, 105, 11-41. <https://doi.org/10.1007/s11103-020-01077-w>
- Županić FŽ, Radić D, Podbregar I (2021) Climate change and agriculture management: Western Balkan region analysis. *Energy, Sustainability and Society*, 11(1), 51.